HANNA KRZYWICKA, EWA GOLECKA

BAKTERIOBÓJCZE DZIAŁANIE FORMALDEHYDU

Z Zakładu Toksykologii Sanitarnej Państwowego Zakładu Higieny w Warszawie
Kierownik: prof. dr *A. Bojanowska*
Z Centralnego Ośrodka Techniki Medycznej w Warszawie
Dyrektor: dr *S. Kruszewski*

Zbadano skuteczność dezynfekcji formaldehydem, przeprowadzanej w szafkowym wyjaławiaczu parowo-formalinowym. Stwierdzono aktywność gazu w stosunku do drobnoustrojów występujących na zewnętrznych powierzchniach, natomiast brak skuteczności procesu w przypadku odkażania wewnętrznych powierzchni przyborów lekarskich.

Właściwości odkażające formaldehydu znane były już w XIX w. Aktywność bakteriobójcza tego związku była przedmiotem badań przeprowadzanych przez licznych autorów [9, 2, 10, 18, 19, 20].

Formaldehyd do dezynfekcji w stanie gazowym uzyskuje się z paraformaldehydu lub przez odparowywanie formaliny (37% roztwór formaldehydu stabilizowany dodatkiem alkoholu metylowego).

Gazowy formaldehyd używany jest głównie w komorach parowo-formaldehydowych do dezynfekcji materiałów i tworzyw podatnych na uszkadzające działanie wysokiej temperatury i w związku z tym nie dających się odkażać metodami termicznymi. Ponadto stosuje się go do dezynfekcji pomieszczeń oraz w specjalnych aparatach do dezynfekcji narzędzi lekarskich i fryzjerskich.

Mała zdolność penetracji jest cechą ograniczającą w znacznym stopniu skuteczność gazu w warunkach praktycznych. Zwiększenie penetracji uzyskuje się przez zastosowanie wstępnej próżni lub podwyższanie temperatury wnętrza komór dezynfekcyjnych i aparatów [1, 6].

Aparaty do dezynfekcji narzędzi lekarskich stosuje się w wielu krajach. Używanie ich uwarunkowane jest jednak wieloma czynnikami.

W Anglii [12] w małych komorach, w których odparowywana jest formalina, mogą być odkażane jedynie niewielkie przedmioty jak np. respiratory; przy czym określone są wyraźnie warunki w jakich ma przebiegać proces: czas działania 3 godz., temp. powyżej 18°, ilość formaliny 1,8 ml/l [15].

W Australii *Rubbo* i *Gardner* [13] wymieniają jako jedną z metod odkażania narzędzi lekarskich przetrzymywanie w atmosferze formaldehydu wyzwalanego z tabletek paraformaldehydu, podkreślając konieczność przeprowadzenia tego procesu w wysokiej wilgotności, w czasie nie krótszym niż 20 godz. i w temperaturze powyżej 60°, co zdaniem autorów bardzo ogranicza możliwość praktycznego stosowania tej metody odkażania.

W Niemieckiej Republice Federalnej *Schmidt* [14], powołując się na

Rubbo i *Gardnera*, zaleca taki sam sposób przeprowadzania dezynfekcji narzędzi lekarskich.

W Niemieckiej Republice Demokratycznej *Walhäuser* [17] dopuszcza przechowywanie w aparacie formalinowym jedynie narzędzi uprzednio wyjałowionych lub odkażonych metodami chemicznymi.

W Stanach Zjednoczonych *Lawrance* [8], powołując się na pracę *Goedricha* i *Schmidla* [7], wymienia wprawdzie możliwość odkażania niektórych narzędzi lekarskich formaldehydem, jednak *Mc Culloch* [4] nadmienia o konieczności przeprowadzania tego procesu w temperaturze powyżej 30°, przy wysokiej wilgotności i nasyceniu atmosfery wewnątrz aparatu formaldehydem.

Pomimo powyższych zaleceń coraz częściej podnoszone są głosy kwestionujące skuteczność odkażania gazowym formaldehydem [3, 5].

W naszym kraju do dezynfekcji niektórych narzędzi lekarskich stosowane są szafkowe wyjaławiacze parowo-formaliowe, w których środkiem działającym bakteriobójczo jest formaldehyd wyzwalający się z tabletek paraformaldehydu.

W świetle cytowanego na wstępie piśmiennictwa nasuwa się pytanie czy sposób użytkowania wymienionych aparatów gwarantuje skuteczność przeprowadzanych w nich procesów odkażania. Uzyskanie odpowiedzi na to pytanie jest celem niniejszej pracy.

MATERIAŁY

Szafkowy wyjaławiacz parowo-formaldehydowy o pojemności 0,2 m³. Tabletki paraformaldehydu produkcji Jeleniogórskich Zakładów Farmaceutycznych Polfa, nr serii 10169, zawierające po 0,5 g paraformaldehydu. Nośniki szamotowe o wymiarach: wys. 5 mm, średnica zewn. 7 mm, średnica wewn. 4,5 mm (zalecane do badania stężeń użytkowych środków dezynfekcyjnych przez A.O.A.C. — Amerykańskie Stowarzyszenie Chemików Rolnych). Nośniki z tworzyw sztucznych: polietylenu, polipropylenu, polichlorku winylu (o powierzchni odpowiadającej powierzchni nośników szamotowych).

Wyroby z tworzyw sztucznych: cewniki do dializy otrzewnej Politen 020/GI, długość 270 mm, średnica zewn. 5 mm, średnica wewn. 2,3 mm; cewniki do drenażu ssącego ran (PCW Vestolit SBT70), długość 1700 mm, średnica zewn. 5,5 mm, średnica wewn. 3,5 mm; cewniki do drenażu ssącego ran (PCW Vestolit SBT70) długość 580 mm, średnica zewn. 3,1 mm, średnica wewn. 1,5 mm; butelki do samoczynnego drenażu ssącego ran (Politen 020/GI).

Organizmy testowe: *Staphylococcus aureus* 4163 NCTC, *Escherichia coli* 5933 NCTC, *Proteus vulgaris* 538 CGNKJ JL Londyn, *Pseudomonas aeruginosa* 35 Muzeum Szczepów PZH, *Mycobacterium tuberculosis var., bovinus* BCG podszczep francuski 848 Inst. Pasteura, *Bacillus subtilis* 3610 NCIB, *Bacillus stearothermophilus* 8923 NCIB, *Bacillus cereus* 877 ATCC, *Clostridium sporogenes* 542 Muzeum Szczepów PZH.

Podłoża: bulionowe zwykłe, *Proscauera — Becka*, tioglikolanowe.

METODY I WYNIKI

Do badań używano bulionową 24-godzinną hodowlę *S. aureus, E. coli, P. vulgaris, Ps. aeruginosa* oraz 72-godzinną hodowlę *B. subtilis, B. cereus, B. stearothermophilus.* Hodowlę BCG przeprowadzano na podłożu *Proscauera* i *Becka* w czasie 3 tygodni, a *Cl. sporogenes* na podłożu tioglikolanowym w czasie 72 godzin.

Temperatura hodowli wszystkich drobnoustrojów wynosiła 37°, jedynie w przypadku *B. stearothermophilus* — 50°. Zawiesinę *B. subtilis* i BCG homogenizowano.

Gęstość zawiesiny drobnoustrojów określano spektrofotometrycznie i mikroskopowo w komorze Thoma. Wynosiła ona około 2×10^7 organizmów/ml w przypadku form wegetatywnych i 10^7 org./ml dla zarodnikujących. Do części zawiesiny dodawano 20% surowicy końskiej. Po ekspozycji drobnoustroje hodowano w warunkach podanych wyżej. Nośniki szamotowe, z polichlorku winylu oraz polipropylenowe jałowiono w czasie 20 min. w temp. 121° w autoklawie. Nośniki polietylenowe sterylizowano za pomocą 2%-ego aldehydu glutarowego w czasie 12 godz.

W probówkach zawierających 10 ml zawiesiny bakterii umieszczano po 20 jałowych nośników. Po 15 min. kontakcie, nośniki umieszczano na płytce Petriego, wyłożonej bibułą filtracyjną i wstawiano na 40 min. do termostatu w temp. 37° dla wysuszenia. Suche nośniki przenoszono do następnej płytki Petriego.

Do wyjaławiacza parowo-formalinowego wstawiano płytkę z 40 tabletkami paraformaldehydu oraz 2 płytki z wodą. Po 48 godzinach, wilgotność względna wewnątrz aparatu ustala się na poziomie 95—98%.

Próby powietrza z aparatu pobierano przepuszczając 1000 ml przez płuczkę z wodą destylowaną. Następnie stężenie formaldehydu w roztworze określano metodą *Nasha* [10]. Średnie stężenie formaldehydu na środkowej półce komory na podstawie 5 oznaczeń wynosiło 0,25 mg/l, wartości graniczne: 0,23—0,27 mg/l. Przyjęto temperaturę w czasie ekspozycji 22°.

I. W pierwszej części pracy ustalano w aparacie wilgotność i stężenie, a następnie na środkowej półce umieszczano płytki z nośnikami nasyconymi zawiesiną bakterii. Manipulacja trwała nie dłużej niż 13 sek. i powodowała chwilowe obniżenie stężenia, mieszczące się w granicach błędu oznaczeń. Po okresie ekspozycji nośniki wyjmowano i przenoszono pojedynczo do probówek z właściwą dla wzrostu badanego drobnoustroju testowego pożywką. Wzrost drobnoustrojów sprawdzono po 48 godz. Kontrolę wzrostu *B. subtilis, B. cereus, B. stearothermophilus* i *Cl. sporogenes* powtarzano po 1 tygodniu, a wzrost BCG określano po 12 dniach hodowli. Każda probówka z nośnikiem odpowiadała wartości 5%, np. brak wzrostu w 5 z 20 probówek określano jako 25% śmiertelności. Poziom śmiertelności badano po 3 do 5 okresach ekspozycji. Wykreślano proste regresji: rzędna — procent śmiertelności, odcięta — czas działania, z których odczytywano czas ekspozycji potrzebny do uzyskania 99% śmiertelności organizmów testowych. Tabela I przedstawia uzyskane wyniki.

Tabela I

Czas działania formaldehydu potrzebny do uzyskania 99% poziomu śmiertelności. Stężenie 0,25 mg/l, temp. 22°, wilgotność wzgl. 95—98%

Organizm testowy	Czas w min.
S. aureus	85
E. coli	90
P. vulgaris	82
Ps. aeruginosa	80
BCG	100 (1 godz. 40 min.)
B. subtilis	450 (7 godz. 30 min.)

Dla sprawdzenia przedłużono okres ekspozycji do 2 godz. dla drobnoustrojów tworzących tylko formy wegetatywne i do 10 godz. dla *B. subtilis* uzyskując w obu przypadkach całkowite zabicie.

Dla stwierdzenia czy na badanych tworzywach, drobnoustroje w takim samym stopniu przeżywają ekspozycję w aparacie parowo-formaldehydowym, jak na powierzchni nośników szamotowych, wykonano z tworzyw nośniki o powierzchni odpo-

wiadającej powierzchni nośników szamotowych. Impregnowano je zawiesiną bakterii, jak wyżej oraz poddawano ekspozycji w komorze zawierającej formaldehyd o stężeniu 0,25 mg/l (tab. II).

Tabela II

Stopień wyjałowienia nośników szamotowych i nośników z tworzyw sztucznych. Stężenie formaldehydu 0,25 mg/l, wilgotność wzgl. 95—98%, temp. 22°, czas działania 6 godz.

Organizm testowy	Rodzaj nośników			
	szamotowe	polietylenowe	PCW	polipropylenowe
B. subtilis	80%	100%	100%	100%
B. stearothermophilus	20%	100%	100%	100%

II. W następnej serii badań nie ustalono wstępnie stężenia formaldehydu. Tabletki paraformaldehydu wkładano jednocześnie z nośnikami bakterii. Posługiwano się nośnikami szamotowymi. Zbadano:

1) stopień wyjałowienia nośników zaimpregnowanych wodną zawiesiną drobnoustrojów przy 95—98% wilgotności względnej, w różnym czasie ekspozycji (tab. III),

2) stopień wyjałowienia nośników zaimpregnowanych zawiesiną bakterii w 20% surowicy końskiej, eksponowanych jak w pkt. 1 (tab. IV),

Tabela III

Stopień wyjałowienia formaldehydem nośników szamotowych nasyconych wodną zawiesiną bakterii. Wilgotność wzgl. 95—98%, temp. 22°

Organizm testowy	Czas działania w godz.		
	6	12	18
S. aureus	95%	100%	
E. coli	95%	100%	
P. vulgaris	90%	100%	
Ps. aeruginosa	95%	100%	
B. subtilis	0%	0%	80%
B. cereus	90%	100%	100%
B. stearothermophilus	20%	20%	40%
Cl. sporogenes	80	80	80%

Tabela IV

Stopień wyjałowienia formaldehydem nośników szamotowych nasyconych zawiesiną bakterii w 20% surowicy. Wilgotność wzgl. 95—98%, temp. 22°

Organizm testowy	Czas działania w godz.		
	6	12	18
S. aureus	90%		
E. coli	90%		
P. vulgaris	90%		
Ps. aeruginosa	90%	od 90% do 100%	
B. subtilis	0%	0%	10%
B. cereus	60%	90%	90%
B. stearothermophilus	10%	10%	10%
Cl. sporogenes	80%	80%	80%

3) zależność śmiertelności drobnoustrojów tworzących formy przetrwalnikowe od stopnia wilgotności, w czasie działania 24 godz. (tab. V),

4) stopień wyjałowienia nośników zaimpregnowanych wodną zawiesiną i zawiesiną w 20% surowicy, w warunkach wilgotności 50%, w czasie działania 24 godz. (tab. VI).

Tabela V

Stopień wyjałowienia formaldechydem nośników szamotowych nasyconych wodną zawiesiną bakterii. Czas działania 24 godz., temp. 22°

Organizm testowy	Wilgotność wzgl.	
	50%	95—98%
B. subtilis	0%	100%
B. cereus	90%	100%
B. stearothermophilus	20%	80%
Cl. sporogenes	30%	90%

Tabela VI

Stopień wyjałowienia formaldechydem nośników szamotowych w zależności od rodzaju zawiesiny bakterii. Czas działania 24 godz., wilgotność wzgl. 50%, temp. 22°

Organizm testowy	Zawiesina bakterii	
	wodna	w 20% surowicy
S. aureus	80%	10%
E. coli	100%	100%
P. vulgaris	100%	100%
Ps. aeruginosa	100%	90%
BCG	100%	90%
B. subtilis	0%	0%
B. cereus	90%	20%
B. stearothermophilus	20%	0%
Cl. sporogenes	30%	10%

III. Ostatnim etapem pracy było sprawdzenie skuteczności procesów wyjaławiania, przeprowadzanych w kontrolowanych warunkach temperatury (22°), wilgotności (95—98%) i stężenia formaldehydu (0,25 mg/l), na przyborach lekarskich wykonanych z tworzyw sztucznych. Przybory wstępnie jałowiono w czasie 12 godz. w 2% roztworze aldehydu glutarowego, przepłukiwano jałową wodą destylowaną (dla usunięcia środka sterylizującego), a następnie zawiesiną bakterii przygotowaną jak wyżej i poddawano w aparacie działaniu formaldehydu. Po okresie ekspozycji, cewniki cięto na równe części i umieszczano w 10 probówkach z właściwym dla wzrostu danego organizmu testowego podłożem. Każde badanie wykonywano w 3—5 powtórzeniach. Wartości w tabelach wyrażają procent probówek w których nie stwierdzono wzrostu bakterii.

Tabela VII przedstawia stopień wyjałowienia cewników do dializy otrzewnej; tabela VIII — stopień wyjałowienia cewników o długości 580 mm, do drenażu ssącego ran, w czasie 24 godzin ekspozycji.

Ponieważ w badaniu tym nie uzyskano zadawalających wyników, następne badania stopnia wyjałowienia cewników dłuższych, przeprowadzono w czasie ekspozycji 48 godz. (tab. IX).

Tabela VII

Stopień wyjałowienia cewników do dializy otrzewnej (Politen 020/G I). Wymiary cewników: długość 270 mm, średn. zewn. 5 mm, średn. wewn. 2,3 mm. Stężenie formaldehydu 0,25 mg/l, temp. 22°, wilgotność wzgl. 95—98%

Organizm testowy	Czas działania	
	24 godz.	48 godz.
S. aureus	40%	60%
E. coli	30%	50%
P. vulgaris	50%	50%
Ps. aeruginosa	30%	30%
BCG	50%	50%
B. subtilis	20%	20%
B. stearothermophilus	40%	70%
Cl. sporogenes	70%	80%

Tabela VIII

Stopień wyjałowienia cewników do drenażu ssącego ran (PCW Vestolit SBT70). Wymiary cewników: długość 580 mm, średn. zewn. 3,5 mm, średn. wewn. 1,5 mm. Stężenie formaldehydu 0,25 mg/l, temp. 22°, wilgotność wzgl. 95—98%, czas działania 24 godz.

Organizm testowy	Procent śmiertelności
S. aureus	40%
E. coli	30%
P. vulgaris	50%
Ps. aeruginosa	30%
BCG	40%
B. subtilis	20%
B. stearothermophilus	20%
Cl. sporogenes	70%

W omawianym wyżej badaniu, krople zawiesiny bakterii pozostawały częściowo na ściankach w świetle cewników, stanowiąc przeszkodę dla penetracji gazu. Dla stwierdzenia w jakim stopniu wywiera to wpływ na skuteczność odkażania, powtórzono część badań przedmuchując wnętrze cewników, a następnie susząc je w temp. 37° w czasie 40 min. (tab. X).

Zbadano ponadto możliwość odkażania w wyjaławiaczu parowo-formalinowym butelek do samoczynnego drenażu ssącego ran. Po 48 godz. ekspozycji w komorze, w warunkach podanych wyżej, do wnętrza butelek wlewano po 100 ml pożywki, którą następnie rozlewano do 10 probówek. Po okresie inkubacji we wszystkich probówkach stwierdzono wzrost drobnoustrojów testowych.

Tabela IX

Stopień wyjałowienia cewników do drenażu ssącego ran (PCW Vestolit SBT70). Wymiary cewników: długość 1.700 mm, średn. zewn. 5,5 mm, średn. wewn. 3,5 mm. Stężenie formaldehydu — 0,25 mg/l, temp. 22°, wilgotność wzgl. 95—98%, czas działania 48 godz.

Organizm testowy	Procent śmiertelności
S. aureus	60%
E. coli	30%
P. vulgaris	10%
Ps. aeruginosa	30%
BCG	50%
B. subtilis	20%
B. stearothermophilus	20%
Cl. sporogenes	20%

Tabela X

Stopień odkażenia cewników do dializy otrzewnej (Politen 020/G I), w zależności od sposobu wstępnego przygotowania. Wymiary cewników: długość 270 mm, średn. zewn. 5 mm, średn. wewn. 2,3 mm. Stężenie formaldehydu 0,25 mg/l, temp. 22°, wilgotność wzgl. 95—98%

Organizm testowy	Sposób nanoszenia zawiesiny bakterii	Czas działania	
		6 godz.	24 godz.
Ps. aeruginosa	krople zawiesiny na ściankach wewn. cewnika	30%	30%
	wnętrze cewnika po naniesieniu zawiesiny wysuszone	60%	76%

OMÓWIENIE WYNIKÓW

I. Z pierwszej części badań wynika (tab. I), że aktywność bakteriobójcza formaldehydu, w stosunku do różnych drobnoustrojów wegetatywnych jest zbliżona. Przy stężeniu 0,25 mg/l i wilgotności wzgl. 95—98% w czasie działania od 80 do 90 minut uzyskano 99% śmiertelności. Jedynie BCG wymaga w tych samych warunkach 100 minut działania. Po 2 godz. ekspozycji nośniki nasycone zawiesiną wegetatywną drobnoustrojów uległy całkowicie odkażeniu. W przypadku *B. subtilis* dla uzyskania poziomu śmiertelności 99% należało zastosować pięciokrotnie dłuższy czas ekspozycji, aniżeli w stosunku do drobnoustrojów wegetatywnych.

Jak widać z tabeli II najwyższy procent przeżycia drobnoustrojów stwierdzono na nośnikach szamotowych. Wskazuje to na łatwiejsze działanie formaldehydu na powierzchniach gładkich aniżeli na porowatych.

II. W celu zbliżenia warunków doświadczalnych, do warunków jakie mogą zaistnieć w praktyce, w drugiej części badań, nie ustalono na wstępie stężenia formaldehydu. W tych warunkach ekspozycji 100% śmiertel-

ności wszystkich drobnoustrojów wegetatywnych oraz jednego z tworzących formy przetrwalnikowe uzyskano przy wilgotności 95—98%, dopiero pomiędzy 6 a 12 godzinami odkażania nośników zaimpregnowanych wodną zawiesiną drobnoustrojów (tab. III). W przypadku nośników zaimpregnowanych zawiesiną bakterii w środowisku białkowym, śmiertelność drobnoustrojów wegetatywnych w czasie 6 godz. działania nie przekroczyła 90%, a w czasie do 18 godz. wyniki powtarzanych badań nie były jednoznaczne, gdyż poziom śmiertelności utrzymywał się w granicach 90—100% (tab. IV). Z organizmów tworzących formy przetrwalnikowe *B. cereus* i *Cl. sporogenes* uległy zabiciu w 80—90% w czasie 18 godz. działania, natomiast *B. stearothermophilus* jedynie w 10%, a nośniki z zarodnikami *B. subtilis* pozostały całkowicie niewyjałowione.

Utrzymywanie się śmiertelności organizmów testowych na tym samym poziomie, pomimo przedłużającego się czasu ekspozycji wskazuje, na zbyt niską zdolność penetracji formaldehydu przez warstwę ochronną, jaką utworzyło białko oraz na możliwość obecności niezabitych drobnoustrojów, nawet po długim czasie działania.

W tabeli V przedstawiono wpływ stopnia wilgotności na aktywność formaldehydu. W tym samym czasie działania przy 50% wilgotności względnej *B. subtilis* nie uległ zabiciu, natomiast w wysokiej wilgotności uzyskano 100% poziom śmiertelności.

W przypadku pozostałych organizmów testowych poziom śmiertelności uległ również wyraźnemu podwyższeniu, wraz ze wzrostem wilgotności. Na uwagę zasługuje fakt, że nawet przy najwyższym poziomie wilgotności nie uzyskano w czasie działania 24 godz. 100%-ej śmiertelności wszystkich badanych drobnoustrojów tworzących formy przetrwalnikowe.

W warunkach niskiej wilgotności nawet nośniki zaimpregnowane wodną zawiesiną drobnoustrojów wegetatywnych nie uległy zupełnemu odkażeniu w czasie 24 godz. działania formaldehydu, natomiast w obecności substancji białkowych jedynie 10% nośników z *S. aureus* zostało odkażone (tab. VI). W podanych warunkach stężenia i temperatury, przy wilgotności względnej 50%, w czasie działania 24 godz. formaldehyd nie działał nawet odkażająco.

III. Zadaniem trzeciej części pracy było sprawdzenie skuteczności procesów odkażania formaldehydem przyborów lekarskich. Z tab. VII, VIII i IX wynika, że po czasie działania 24 godz. cewniki w 50—70 procentach nie zostały odkażone. Przedłużenie ekspozycji do 48 godz. w większości przypadków nie wpłynęło na podwyższenie stopnia odkażenia. Dane te dotyczą cewników o długości od 270 do 580 mm. Cewniki o długości 1700 mm w przypadku *P. vulgaris* zostały zdezynfekowane jedynie w 10%.

Spowodowanie drożności cewników oraz ich wysuszenie wewnątrz (tab. X), zwiększyło około dwukrotnie skuteczność procesu odkażania, jednakże po 6 godz. działania w 40%, a po 24 godz. w 24% krótkie cewniki pozostały nieodkażone.

W czasie badania odkażającego działania formaldehydu na cewnikach, zauważono wyraźną regularność wyników, a mianowicie wzrost drobnoustrojów w hodowli wtórnej występował zawsze w podłożach, w których znajdowały się środkowe odcinki cewników, natomiast pożywki z końcowymi odcinkami cewników pozostały jałowe. Wskazuje to na nieprzeniknięcie gazu do wnętrza odkażanych przedmiotów. Wyniki uzyskane przy dezynfekcji butelek do samoczynnego drenażu ssącego ran, potwierdzają tę obserwację.

Zgodnie z danymi piśmiennictwa [2, 9, 19] odkażanie powierzchni zainfekowanych *B. subtilis* uzyskiwano w czasie od 30 do 50 minut, przy wilgotności względnej 80—90% w temp. pokojowej i stężeniu formaldehydu od 1 do 2,3 mg/l. Jedynie *Taylor* [16] przeprowadzając badania w 60% wilg. wzgl. uzyskał właściwe działanie bakteriobójcze w czasie 1—2 godz. przy stężeniu 10 mg/l. W przedstawionej pracy przy zastosowaniu stężenia formaldehydu 0,25 mg/l całkowite odkażenie powierzchni nastąpiło w czasie 10 godz. Powyższe wyniki potwierdzają fakt, że formaldehyd jest skutecznym środkiem bakteriobójczym w warunkach zapewniających zetknięcie gazu ze znajdującymi się na powierzchni odkażanych przedmiotów drobnoustrojami.

Na podstawie pracy *Nordgrena* [9] nasuwa się już jednak wątpliwość, co do skuteczności formaldehydu przy utrudnionej penetracji — zarodniki niektórych drobnoustrojów przeżyły 24 godz. ekspozycję w środowisku krwi, plwociny i wydalin. *Bullock* [2] dla uzyskania analogicznego efektu bakteriobójczego w stosunku do zarodników *B. subtilis* suszonych z wody peptonowej musiał zastosować trzykrotnie dłuższy czas działania aniżeli w stosunku do zarodników suszonych z wody.

Z przedstawionych w niniejszej pracy badań wynika, że wszystkie czynniki wpływające na penetrację gazu oddziaływują również na skuteczność procesów odkażania.

WNIOSKI

1. Formaldehyd działa skutecznie bakteriobójczo w stosunku do drobnoustrojów wegetatywnych i zarodnikowych.
2. Na aktywność bakteriobójczą formaldehydu wywierają zasadniczy wpływ następujące czynniki: stężenie, wilgotność, obecność substancji organicznych, rodzaj dezynfekowanej powierzchni.
3. Stężenie formaldehydu 0,25 mg/l występujące wewnątrz „szafkowego wyjaławiacza parowo-formalinowego" odbiega znacznie od stężenia stosowanego do tego celu w innych krajach 2,3—10 mg/l.
4. W warunkach stężenia 0,25 mg/l, temperatury 22°, wilgotności względnej 95—98%, penetracja gazu do wnętrza badanych przyborów lekarskich jest zbyt słaba dla zapewnienia właściwego działania bakteriobójczego.

Х. Кржывицка, Э. Голецка

БАКТЕРИОЦИДНОЕ ДЕЙСТВИЕ ФОРМАЛЬДЕГИДА

Содержание

Исследовано пригодность дезинфекционного процесса формальдегидом в шкафочном пароформальдегидном стерелизаторе. Констатировано, что формальдегид влияет активно бактериоцидно по отношению вегетативным и споровым микроорганизмам. На активность газа имеют основное влияние: концентрация, влажность, присутствие белковых субстанции и род дезинфицированных поверхностей.

В условиях полученной концентрации в стерелизаторе — 0,25 мг/л, при температуре 22° и относительной влажности 95—98% — проникновение газа внутрь исследуемых врачебных приборов черезчур слаба для заверения надлежащего бактериоцидного действия.

H. Krzywicka, E. Golecka

BACTERICIDAL ACTION OF FORMALDEHYDE

Summary

The efficacy of formaldehyde desinfection was tested using a steam-formalin box sterilizator. It was established that formaldehyde is bactericidal agent for vegetative and sporulating forms of microorganismus. The following parameters had the influence on the activity of the gaseous agent: concentration, the contents of moisture, the presence of proteins, and the type of surgace subjected to disinfection.

In the conditions attained in the sterilizing box: concentration of formaldehyde 0.25 mg per liter, temperature 22°, relative humidity 95—98%, the penetration of the gaseous agent inside the tested surgical instruments was too low to effect a proper bactericidal action.

PIŚMIENNICTWO

1. *Alder W. G., Brown A. M., Gillespie W. A.*: J. clin. Path., 19, 83, 1966. — 2. *Bullock K., Rawlins E. A.*: J. Pharmacy Pharmacol., 6, 859, 1954. — 3. *Coulthard C. E.*: Brit. J. exp. Path., 12, 331, 1931. — 4. *McCulloch E. C.*: Disinfection and Sterilization, Philadelphia, 1945. — 5. *Dineen P.*: J. Am. med. Ass., 176, 772, 1961. — 6. *Foter M. J.*: Soap and Chem. Spec., 36, 4, 73, 1960. — 7. *Goedrich P., Schmidt W.*: J. Am. Pharm. Assoc., 31, 205, 1942. — 8. *Lawrance C. A., Block S. S.*: Disinfection, Sterilization, and Preservation, Philadelphia, 1968. — 9. *Nordgren G.*: Acta path. microbiol. scand. Suppl., 40, 1939. — 10. *Nash T., Hirch A.*: J. appl. chem., 4, 458, 1954.

11. *Neely W. B.*: J. Bact., 86, 445, 1963. — 12. Report of Committee on formaldehyde Disinfection of the Public Health Laboratory Service J. Hyg. Camb., 56, 488, 1958. — 13. *Rubbo S. D., Gardner J. F.*: A review of Sterilization and Disinfection London 1965. — 14. *Schmidt J., Naumann G., Horsch W.*: Sterilization, Desinfection und Entwesung, Leipzig, 1968. — 15. *Sykes G.*: Disinfection and Sterilization, London 1967. — 16. *Taylor L. N., Barbeito M. S., Gremmillion G. G.*: Appl. Microbiology, 17, 4, 614, 1969. — 17. *Wallhäusser K. H., Schmidt H.*: Sterilization, Desinfektion, Konservierung, Chemotherapie, Stuttgart, 1967. — 18. *Weiss H.*: Pharmaz. Zhalle, 108, 8, 533, 1969. — 19. *Weiss H.*: Pharmaz. Zhalle, 108, 10, 686, 1969. — 20. *Weiss H.*: Pharmaz. Zhalle, 108, 11, 747, 1969.

Dn. 4. VI. 1970 r.
Warszawa, ul. Chocimska 24.